فرآیند و کارکرد گیاهی، جلد ۱۴، شماره ۶۵، خرداد و تیرماه ۱۴۰۴ صفحه: ۳۱-۴۵
https://doi.org/10.22034/14.66.31

مقاله پژوهشی

اثر محلول‌پاشی برگی با نانو ذره سلنیوم در کاهش صدمات ناشی از تنش سرما در گیاه خیار

مرجان امینی، فاطمه نصیبی*، عفت‌السادات احمدی موسوی و عادله برند
گروه زیست‌شناسی، دانشکده علوم، دانشگاه شهید باهنر کرمان، کرمان، ایران
(تاریخ دریافت: ۱۴۰۱/۱۱/۱۵، تاریخ پذیرش نهایی: ۱۴۰۳/۰۸/۲۲)

چکیده
خسارت ناشی از سرما یکی از عوامل مهم کاهش عملکرد گیاهان زراعی و باغی در سطح جهان است. گیاه خیار یکی از محصولات کشاورزی است که در مناطق گرم کشور در فصل پاییز و زمستان کاشت شده و گاهی در معرض تنش سرما ناگهانی قرار می‌گیرد. در چند سال اخیر، کشاورزان ایرانی از آسیب‌های ناشی از سرما در امان نبوده و بخش عمده‌ای از محصولشان را از دست داده‌اند. در تحقیق حاضر اثر محلول‌پاشی گیاه خیار با نانو ذره سلنیوم به منظور افزایش مقاومت در برابر تنش سرمازدگی مورد مطالعه قرار گرفت. در این پژوهش گیاه خیار در مرحله سه تا چهار برگی با غلظت‌های ۰/۲، ۰/۵ و ۱ میلی‌گرم بر لیتر نانوذره سلنیوم محلول‌پاشی شدند. نتایج نشان داد در گیاه خیار مقدار کلروفیل تحت تنش سرما کاهش یافت اما فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان، مقدار مالون دآلدهید، پراکسید هیدروژن، ترکیبات فنلی، پرولین وکربوهیدرات‌های محلول، به طور چشمگیری افزایش پیدا کردند. استفاده از نانو ذره سلنیوم به صورت محلول‌پاشی توانست به میزان معنی‌داری مقدار مالون دآلدهید و پراکسید هیدروژن را کاهش داده و از تخریب کلروفیل ممانعت نماید. همچنین باعث افزایش مقدار پرولین، قندهای محلول، ترکیبات فنلی و افزایش فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان در گیاهان تحت تنش سرما در مقایسه با گیاهان تیمارنشده با سلنیوم گردید که نتیجه آن مقاومت بیشتر گیاهان در برابر سرمازدگی بود. این نتایج بیانگر نقش کارا و موثر سلنیوم به عنوان یک عنصر مفید و یک فعال‌کننده سیستم آنتی‌اکسیداتیو گیاه در کاهش آسیب‌های سرمازدگی گیاهان است.

واژگان کلیدی: آنتی‌اکسیدان‌ها، پراکسیداسیون لیپیدها، تنش سرما، قندهای محلول

مقدمه
گیاهان رشدکرده در اقلیم‌های مختلف روی زمین دائماً در معرض تنش‌های زیستی و غیرزیستی مانند کم‌آبی، غرقابی، نوسان دما، شوری، کمبود مواد معدنی و سمیت آن‌ها قرار دارند (Anderson *et al.*, 2020). از نظر هواشناسی هوای سرد به صورت کاهش دما همراه با نور ضعیف آفتاب و باد سرد مرطوب در نظر گرفته می‌شود. هنگامی که دمای هوا بین صفر تا ۲۰ درجه سانتی‌گراد کاهش می‌یابد، گیاهان تنش سرما را تجربه می‌کنند که باعث کاهش جوانه‌زنی بذر، کاهش رشد، عملکرد و بقاء گیاهان و تراکم جغرافیایی آنها می‌شود. کاهش عملکرد ناشی از سرمازدگی محصولات زراعی و باغی، ضررهای اقتصادی زیادی را در برداشته است (Levitt, 1980). تنش سرمازدگی فرایندهای فیزیولوژیکی، بیوشیمیایی و مولکولی را در گیاهان تحت تأثیر قرار می‌دهد (Chinnusamy *et al.*, 2010). یکی از پاسخ‌های ثانویه به تنش سرمازدگی، تولید گونه‌های فعال اکسیژن مانند اکسیژن یکتایی، پراکسید

*نویسنده مسؤل، نشانی پست الکترونیکی: nasibi.f@uk.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]
[DOI: DOI: 10.22034/14.66.31]

هیدروژن، آنیون سوپراکسید، رادیکال هیدروکسیل و رادیکال پراکسیل است که در گیاهان ایجاد تنش اکسیداتیو می‌کنند (Hossain *et al*., 2012). بنابراین، تحمل گیاه به تنش سرما با افزایش ظرفیت پاکسازی و سم‌زدایی گونه‌های فعال اکسیژن ارتباط نزدیکی دارد. علاوه بر این، گیاهان تلاش می‌کنند تا با افزایش سنتز اسمولیت‌هایی مانند پرولین، گلیسین–بتائین، پروتئین و قندهای محلول تأثیرات مضر تنش سرما را خنثی کنند (Jan *et al*., 2018) گزارش شده است که تجمع برخی از این اسمولیت‌ها مانند قندها، پرولین و γ–آمینوبوتیریک اسید با حفظ فشار اسمزی نقش مهمی در حفظ پروتئین‌ها و غشاها از آسیب انجماد دارند (Kaplan *et al*., 2007).

خیار (*Cucumis sativas* L.) گیاه علفی است که در مناطق گرمسیر کشور در فصل پاییز کشت می‌شود و چون در مقابل سرما حساس است، یکی از عمده‌ترین مشکلات این گیاه در این مناطق، کاهش شدید و ناگهانی دما و آسیب سرمازدگی به آن است تا جایی که در برخی سال‌ها عمده محصول این مناطق بر اثر سرمازدگی از بین رفته است (Saydpour *et al*., 2015). لذا بررسی مکانیسم‌های بیوشیمیایی و فیزیولوژیک مربوط به افزایش تحمل به سرما در این گونه گیاهی، دارای اهمیت ویژه است.

سلنیوم (Se) دارای خواص فیزیکی و شیمیایی متوسط بین فلز و غیرفلز است و به عنوان یک عنصر مفید برای زندگی سالم طبیعی گیاهان، حیوانات، انسان و میکروارگانیسم‌های خاص در نظر گرفته می‌شود (Masuda, 2012; Zhou *et al*., 2020). اگر چه اهمیت سلنیوم در گیاهان به‌طور کامل مشخص نشده است اما بسیاری از مطالعات اثرات مفید آن را در گیاهان مختلف گزارش کرده‌اند. اثرات این عنصر در گیاهان مختلف متفاوت بوده اما به رشد و نمو کلی گیاه در شرایط تنش و بدون تنش کمک می‌کند. سلنیوم در حفظ ساختارهای سلولی و عملکرد آنها مؤثر بوده، همچنین موجب بهبود عملکرد فتوسنتز و رشد و نمو گیاه می‌شود. بررسی‌ها نشان دادند که سلنیوم در غلظت‌های بالا برای گیاهان سمی بوده و با تولید بیش از حد ROS در گیاه، مهار بیوسنتز کلروفیل، و سرکوب فرآیندهای رشد و نمو باعث خسارت به گیاه می‌شود و نوعی تنش محسوب می‌گردد (Hasanuzzaman *et al*., 2010). اما اثرات سودمند غلظت‌های پایین سلنیوم در بهبود فتوسنتز، فرآیندهای فیزیولوژیکی و بیوشیمیایی، حفاظت گیاهان در برابر تنش‌های غیرزیستی، کاهش گونه‌های فعال اکسیژن و فعال‌سازی مکانیسم‌های کاهش‌دهنده تنش‌های اکسیداتیو نیز در پژوهش‌های متفاوتی گزارش شده است (Hasanuzzaman and Fujita, 2011; Mroczek-Zdyrska *et al*., 2017). غلظت بهینه سلنیوم به گونه گیاهی، مرحله رشد، بستر رشد، روش کاربرد و نوع آن بستگی دارد (Hasanuzzaman *et al*., 2020). به عنوان مثال، کمترین غلظت سلنیوم که باعث کاهش بیوماس خیار شد، ۲۰ میکرومولار برای SeO_3^{-2} و ۸۰ میکرومولار برای SeO_4^{-2} بود ولی آستانه سمیت در کاهو برای SeO_3^{-2} و SeO_4^{-2} به ترتیب ۱۵ و ۲۰ میکرومولار بود (Hawrylak-Nowak, 2013). علاوه بر این، Mroczek-Zdyrska و Wojcik (۲۰۱۲) اثر دوگانه SeO_3^{-2} را بر روی ریشه‌های لوبیا تحت تنش سرب نشان دادند. در غلظت کم (۱/۵ میکرومولار)، سلنیوم سمیت سرب را کاهش داد درحالی‌که در غلظت بالاتر (۶ میکرومولار)، به عنوان یک پرواکسیدانت عمل کرده و آسیب‌های تنش اکسیداتیو را در ریشه‌های تیمارشده با سرب افزایش داد (Mroczek-Zdyrska and Wojcik, 2012). تنظیم سطوح ROS توسط سلنیوم، یک مکانیسم کلیدی آن برای جلوگیری از تنش در گیاهان گزارش شده است. سلنیوم می‌تواند سطوح گونه‌های اکسیژن فعال (ROS) را در گیاهان تحت تنش، از طریق سه مسیر تنظیم کند: ۱) با تحریک تغییر شکل خود به خودی O^{-2} به H_2O_2، ۲) با واکنش مستقیم بین ترکیبات حاوی سلنیوم با ROS و ۳) با تنظیم فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان و کاهش ROS اضافی در گیاهانی که در معرض تنش‌های محیطی قرار داشته‌اند. سلنیوم عمدتاً در چهار حالت مختلف اکسیداسیون وجود دارد: سلنید (SeO^{-2})، سلنیوم (Se^{o})، سلنیت (SeO_3^{-2}) و سلنات (SeO_4^{-2}). نانوذره سلنیوم (Se NPs)، شکل اصلی سلنیوم عنصری است که سمیت سلولی کمتری نسبت به سایر فرم‌ها نشان می‌دهد و دارای

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOI: DOI: 10.22034/14.66.31]

ویژگی‌های فیزیکوشیمیایی و بیولوژیکی منحصر به فردی است و درجه بالایی از ایمنی زیستی را دارا است (Djanaguiraman *et al*., 2018; Morales-Espinoza, 2019). نانوذرات سلنیوم به دلیل واکنش‌پذیری بالا، سطح ویژه وسیع و قابلیت جذب بالا، سمیت کمتری نسبت به سایر اشکال سلنیوم دارند (Deng *et al*., 2019; Poldma *et al*., 2011). گزارش شده است که نانوذرات سلنیوم همچنین تنش‌های غیرزیستی مختلف ناشی از فلزات، خشکی و دما را کاهش داده اند (Ikram *et al*., 2020; Zahedi *et al*., 2019).

امروزه با استفاده از فناوری نانو و از طریق استفاده از نانوکودها، علف‌کش‌های کارآمد، آفت‌کش‌ها و .... به طور بالقوه بهره‌وری کشاورزی افزایش یافته است. با توجه به خسارت سرمازدگی در مناطق جنوب کشور در فصل پاییز، هدف از پژوهش حاضر بررسی امکان استفاده از نانو ذره سلنیوم به صورت کاربرد برگی به عنوان یک عنصر مفید و بدون عوارض جانبی در کاهش تنش اکسیداتیو ناشی از سرمازدگی در گیاه خیار بوده است.

مواد و روش‌ها

کاشت گیاه و اعمال تیمارها: بذرهای خیار در این پژوهش از شرکت پاکان بذر تهیه و مورد استفاده قرار گرفت. بذرهای ضدعفونی شده در گلدان‌های به قطر دهانه ۱۲ و ارتفاع ۱۳ سانتی‌متر کاشته و در شهریورماه در محیط گلخانه دانشگاه شهید باهنر کرمان قرار داده شدند (دمای روز گلخانه حدود ۲۵ درجه سانتی‌گراد و دمای شب حدود ۱۴ درجه سانتی‌گراد بود. رطوبت گلخانه نیز حدود ۴۰ درصد کنترل گردید). ترکیب خاک شامل مخلوط ماسه بادی الک‌شده: پیت‌ماس (به نسبت ۱:۲) بود. با توجه به نیاز آبی گیاه خیار، برای جلوگیری از خشک‌شدن خاک گلدان‌ها، آبیاری روزانه انجام شد و هر دو هفته‌ای یک بار در جهت برآورده کردن عناصر غذایی، محلول غذایی هوگلند به مقدار یکسان به گلدان‌ها داده شد. اندام هوایی گیاهچه‌های خیار بعد از وارد شدن به مرحله سه تا چهار برگی در طی یک هفته به فاصله یک روز در میان، توسط محلول‌های ۰/۲، ۰/۵ و ۱ میلی‌گرم بر لیتر نانو ذره سلنیوم در اوایل صبح محلول‌پاشی شدند (نانو ذره سلنیوم به صورت محلول پایه با خلوص ۹۹/۹ درصد، به رنگ آجری، با مرفولوژی تقریباً کروی و دانسیته حدود $3/89\ g/cm^3$ از شرکت پیشگامان نانو مواد مشهد خریداری شده و مشخصات آن در تصویر ۱ نیز آورده شده است). در این مرحله گیاهان گروه کنترل با آب‌مقطر اسپری شدند. در پژوهش حاضر برای هر تیمار سه تکرار در نظر گرفته شد. یک روز بعد از اعمال آخرین تیمار محلول‌پاشی سلنیوم و آب‌مقطر، گلدان‌های هر تیمار به دو گروه تقسیم شدند. گروه اول جهت تیمار سرما، طی دو روز متوالی به مدت ۲۰ دقیقه در دمای چهار درجه سانتی‌گراد سردخانه قرار گرفتند و سپس به گلخانه برگشت داده شدند. گروه دوم به عنوان کنترل در گلخانه باقی ماندند و تنش سرما دریافت نکردند. بعد از ۲۴ ساعت از برگشت گلدان‌ها به محیط گلخانه، برگ ردیف سوم نمونه‌ها (شمارش از پایین) برداشت و بلافاصله در ازت مایع فریز و در دمای ۲۰- درجه سانتی‌گراد جهت اندازه‌گیری‌های بعدی نگهداری شدند.

صفات مورد اندازه گیری، ارتفاع اندام هوایی: طول ساقه با استفاده از خط‌کش با دقت ۰/۱ سانتی‌متر اندازه‌گیری گردید.

رنگیزه‌های فتوسنتزی: برای سنجش میزان کلروفیل و کاروتنوئید از روش Lichtenthaler (۱۹۸۷) استفاده شد. ۰/۱ گرم از برگ‌های تازه گیاه در هاون چینی حاوی ۱۵ میلی‌لیتر استن ۸۰ درصد سائیده شد و پس از صاف‌کردن، جذب آن با دستگاه اسپکتروفتومتر در طول‌موج‌های ۶۴۶/۸، ۶۶۳/۲ و ۴۷۰ نانومتر خوانده شد. غلظت رنگیزه‌های گیاهی با استفاده از رابطه‌های زیر محاسبه گردید.

$$Chl_a\ (mg/ml) = (12.25A_{663.2} - 2.79A_{646.8})$$

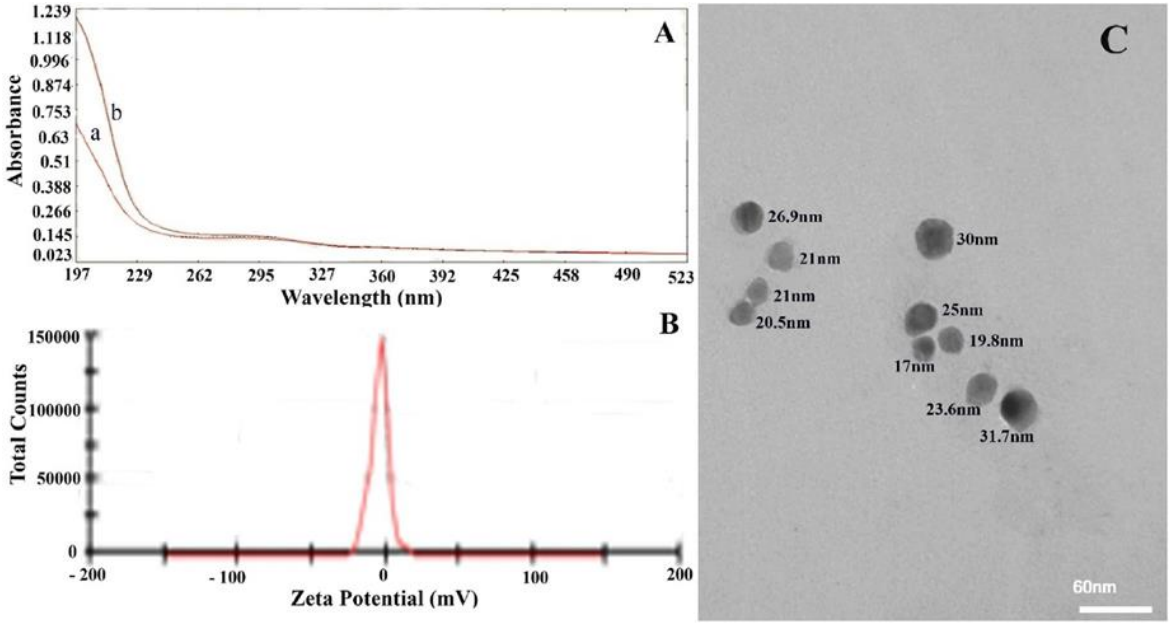
$$Chl_b\ (mg/ml) = (21.21A_{646.8} - 5.1\ A_{663.2})$$

$$Chl_T\ (mg/ml) = Chl.a + Chl.b$$

پراکسیداسیون لیپیدها: اندازه‌گیری مقدار مالون دآلدئید (MDA) به روش Packer و Heath (۱۹۶۹) انجام شد. سنجش مقدار سایر آلدئیدها نیز با روش Meir و همکاران (۱۹۹۲)

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOI: DOI: 10.22034/14.66.31]



تصویر ۱- خصوصیات شیمیایی نانوذره سلنیوم. A) طیف UV-VIS نانوذره در غلظت‌های ۱۰ (a) و ۲۰ (b) میلی‌گرم بر لیتر. B) طیف Zeta potential. C) تصویر میکروسکوپ الکترونی TEM

انجام شد. طبق این روش ۰/۲ گرم از بافت گیاه با ۵ میلی‌لیتر تری کلرواستیک اسید (TCA) ۰/۱ درصد سائیده شد. عصاره حاصل به مدت ۵ دقیقه در ۴۰۰۰×g سانتریفوژ شد. به یک میلی‌لیتر از محلول رویی ۴ میلی‌لیتر محلول TCA ۲۰ درصد حاوی ۰/۵ درصد تیوباربیتوریک اسید (TBA) اضافه گردید. مخلوط حاصل به مدت ۳۰ دقیقه در دمای ۹۵ درجه سانتی‌گراد در حمام آبگرم حرارت داده شده سپس بلافاصله در یخ، سرد شد و دوباره مخلوط به مدت ۱۰ دقیقه در ۴۰۰۰×g سانتریفوژ گردید. شدت جذب این محلول با استفاده از اسپکتروفتومتر در طول‌موج‌های ۵۳۲ و ۴۵۵ نانومتر خوانده شد. جذب بقیه رنگیزه‌های غیراختصاصی و مزاحم در ۶۰۰ نانومتر تعیین و از این مقدار کسر گردید.

غلظت MDA (میلی‌مول بر لیتر) = $(A_{532}-A_{600})$ / 155

سایر آلدئیدها (میلی‌مول برلیتر) = $(A_{455}-A_{600})$ / (0.457×10^5)

قندهای محلول: محتوی قند نمونه‌ها با استفاده از معرف آنترون و بر اساس روش Roe (۱۹۵۵) تعیین گردید. ۰/۱ گرم بافت تر برگ در ۲/۵ میلی‌لیتر اتانول ۸۰ درصد در دمای ۹۵°C به مدت ۶۰ دقیقه قرار گرفت و کربوهیدرات‌های محلول استخراج شدند. عصاره حاصل با استفاده از کاغذ صافی صاف گردید و سپس الکل آن تبخیر شد. رسوب حاصل در ۲/۵ میلی‌لیتر آب‌مقطر حل شد. ۲۰۰ میکرولیتر از هر نمونه در یک لوله آزمایش ریخته شد و ۵ میلی‌لیتر معرف آنترون به آن اضافه گردید. پس از مخلوط‌شدن به مدت ۱۷ دقیقه در بن ماری ۹۰°C قرار گرفت و پس از سردشدن، جذب نمونه‌ها در ۶۲۵ نانومتر خوانده شد.

پرولین: برای اندازه گیری پرولین از روش Bates (۱۹۷۳) استفاده شد. ۰/۰۲ گرم بافت گیاه در ۱۰ میلی‌لیتر محلول سه درصد سولفوسالیسیلیک اسید سائیده و عصاره حاصل به مدت ۵ دقیقه در ۴۰۰۰ ×g سانتریفوژ شد. سپس ۲ میلی‌لیتر از مایع رویی با ۲ میلی‌لیتر معرف نین‌هیدرین و ۲ میلی‌لیتر استیک اسید خالص مخلوط شد و یک ساعت در دمای ۱۰۰°C در حمام آبگرم قرارگرفت و بلافاصله لوله‌های محتوی مخلوط در حمام یخ سرد گردید. سپس ۴ میلی‌لیتر تولوئن به مخلوط اضافه گردید و لوله‌ها به خوبی تکان داده شدند. با ثابت نگه داشتن لوله‌ها به مدت ۱۵ تا ۲۰ ثانیه دو لایه مجزا تشکیل، مقدار جذب لایه رنگی فوقانی که حاوی تولوئن و پرولین بود در ۵۲۰ نانومتر تعیین شد. برای محاسبه مقدار پرولین از منحنی استاندارد پرولین استفاده و نتایج برحسب میکرومول بر گرم

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]
[DOI: DOI: 10.22034/14.66.31]

وزن تر محاسبه گردید.

ترکیبات فنلی: محتوی ترکیبات فنلی با استفاده از روش Gao و همکاران (۲۰۰۰) انجام گرفت. ۰/۱ گرم از نمونه گیاهی در ۵ میلی‌لیتر اتانول ۹۵ درصد سائیده و به مدت ۲۴ ساعت در تاریکی نگهداری شد. سپس به مدت ۱۰ دقیقه در ۴۰۰۰×g سانتریفیوژ شدند و از محلول رویی برای سنجش فنل استفاده گردید. ۱۰۰ میکرولیتر از عصاره با ۰/۲ میلی‌لیتر معرف فولین و ۲ میلی‌لیتر آب مخلوط گردید و پس از گذشت سه دقیقه ۱ میلی‌لیتر کربنات سدیم ۱۵ درصد به آن اضافه گردید. مخلوط حاصل به مدت دو ساعت در تاریکی نگهداری شد و سپس جذب هر نمونه در طول‌موج ۷۶۵ نانومتر خوانده شد و با استفاده از منحنی استاندارد غلظت ترکیبات فنلی برحسب میلی گرم بر گرم وزن تر محاسبه شد.

آنزیم کاتالاز (EC 1.11.1.6): سنجش فعالیت آنزیم کاتالاز با روش Dhindsa و همکاران (۱۹۸۱) انجام شد. مخلوط واکنش شامل بافر فسفات پتاسیم ۵۰ میلی‌مولار با pH=۷ و پراکسید هیدروژن ۱۵ mM بود. با اضافه‌کردن ۱۰۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی به مخلوط ذکرشده، واکنش آنزیمی تجزیه آب اکسیژنه شروع می‌گردد. میزان H_2O_2 موجود در مخلوط واکنش پس از یک دقیقه با استفاده از ضریب خاموشی (ε=۴۰ $mM^{-1}cm^{-1}$) و فرمول $A= \varepsilon bc$ محاسبه شد که نشان‌دهنده میزان فعالیت آنزیم کاتالاز است.

آنزیم گایاکل پراکسیداز (EC 1.11.1.7): سنجش فعالیت آنزیم پراکسیداز با استفاده از گایاکل و اندازه‌گیری میزان جذب تتراگایاکل تشکیل‌شده از گایاکل در نتیجه فعالیت پراکسیداز، در ۴۷۰ نانومتر انجام گرفت. مخلوط واکنش شامل ۲/۷۷ میلی‌لیتر بافر فسفات ۵۰ میلی‌مولار با pH=۷، ۱۰۰ میکرولیتر پراکسید هیدروژن یک درصد و ۱۰۰ میکرولیتر گایاکل چهار درصد است. واکنش با افزودن ۳۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی به مخلوط واکنش در ۲۵ درجه سانتی‌گراد آغاز شد. با استفاده از ضریب خاموشی تتراگایاکل (ε=۲۵/۵ $mM^{-1}cm^{-1}$) و فرمول $A= \varepsilon bc$، مقدار تتراگایاکول تشکیل‌شده محاسبه شد (Plewa *et al.*, 1991).

آنزیم آسکوربات پراکسیداز: ۳ میلی‌لیتر مخلوط واکنش حاوی ۲۶۸۰ میکرولیتر بافر فسفات پتاسیم ۵۰ میلی‌لیتر مولار، آسکوربات ۰/۵ میلی‌مولار، ۱۰۰ میکرولیتر عصاره آنزیمی و ۳۰ میکرولیتر آب اکسیژنه ۱۵ میلی‌مولار بود. فعالیت آسکوربات پراکسیداز بر اساس اکسیداسیون آسکوربیک اسید و کاهش در جذب، در طول‌موج ۲۹۰ نانومتر در بازه سه دقیقه‌ای اندازه‌گیری شد (Nakano and Asada, 1981).

تجزیه و تحلیل‌های آماری در این مطالعه به صورت فاکتوریل و بر پایه طرح کاملاً تصادفی با سه تکرار صورت گرفت. تجزیه و تحلیل‌های آماری داده‌های با استفاده از نرم‌افزار SPSS و اختلاف میانگین‌ها با استفاده از آزمون چند دامنه‌ای دانکن در سطح اطمینان ۹۵ درصد مقایسه شدند. شکل‌های مربوطه نیز با نرم‌افزار اکسل 2007 رسم شد.

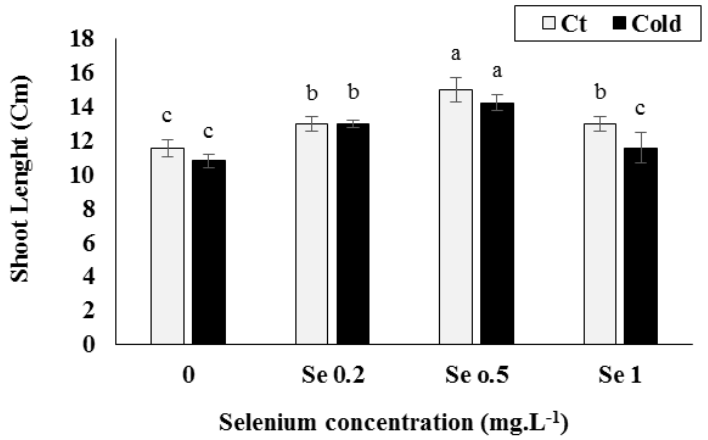
نتایج

طول ساقه گیاهان: داده‌های حاصل از اندازه‌گیری طول ساقه نشان داد که تنش سرما اثر معنی‌داری بر رشد قسمت هوایی گیاه خیار نداشت اما محلول‌پاشی گیاهان با سلنیوم رشد گیاه را هم در شرایط کنترل و هم تنش سرما افزایش داد و در بین غلظت‌های مختلف سلنیوم اثر غلظت ۰/۵ میلی‌گرم بر لیتر بیشتر از سایر غلظت‌ها بود (شکل ۱). در شرایط تنش سرما، محلول‌پاشی گیاه با غلظت یک میلی‌گرم بر لیتر سلنیوم اثر معنی‌داری بر رشد ساقه در مقایسه با گیاهان پیش‌تیمار نشده با سلنیوم نداشت.

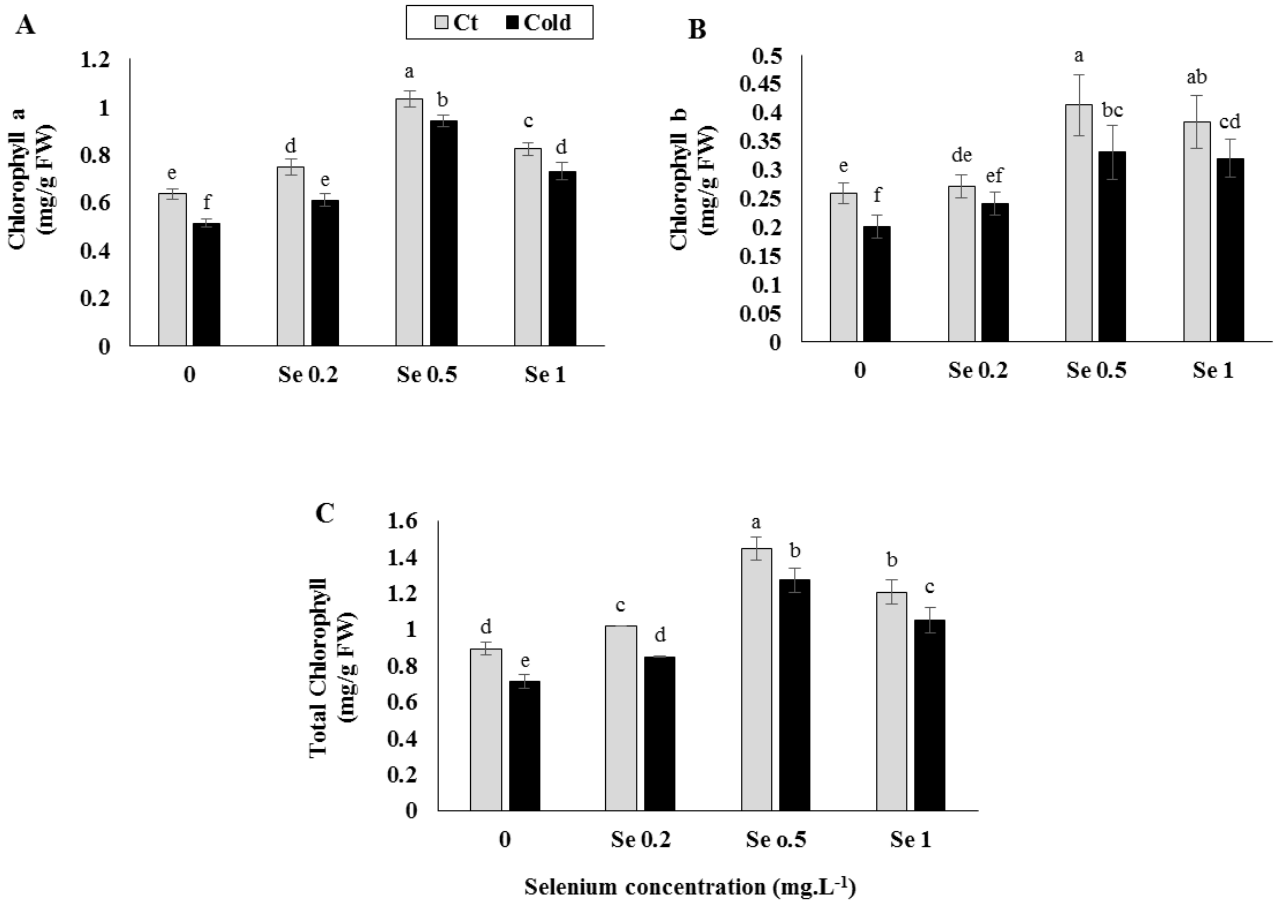
سنجش محتوای کلروفیل: کلروفیل a و b و کلروفیل کل تحت تنش سرما کاهش معنی‌داری نشان دادند. محلول‌پاشی گیاهان با سلنیوم در تمام غلظت‌های به کار رفته محتوی کلروفیل‌های گیاهان را در هر دو شرایط کنترل و تنش سرما افزایش داد (شکل ۲). در بین غلظت‌های سلنیوم بکار رفته غلظت ۰/۵ میلی‌گرم بر لیتر مؤثر تر از بقیه بوده و مقدار کلروفیل a، کلروفیل b و کلروفیل کل را در شرایط تنش سرما به ترتیب به میزان ۸۴٪، ۶۵٪ و ۷۸٪ نسبت به گیاهان پیش تیمار نشده افزایش داده است.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOI: DOI: 10.22034/14.66.31]



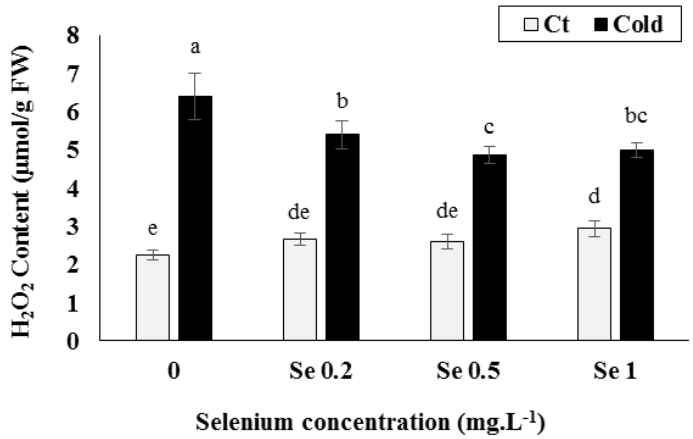
شکل ۱- اثر پیش‌تیمار گیاه خیار با نانوذره سلنیوم بر طول اندام هوایی، تحت شرایط کنترل و تنش سرما. داده‌ها میانگین سه تکرار SE ± است و با آزمون دانکن مقایسه شده‌اند. P<0.05 به عنوان اختلاف معنی‌دار در نظر گرفته شد. حروف متفاوت نشانه معنی‌دار بودن و میانگین‌های دارای حروف مشابه از نظر آماری اختلافی ندارند.



شکل ۲- اثر پیش‌تیمار گیاه خیار با نانوذره سلنیوم بر محتوی رنگیزه‌های فتوسنتزی کلروفیل a (A)، کلروفیل b (B) و کلروفیل کل (C) تحت شرایط کنترل و تنش سرما. داده‌ها میانگین سه تکرار SE ± است و با آزمون دانکن مقایسه شده‌اند. P<0.05 به عنوان اختلاف معنی‌دار در نظر گرفته شد. حروف متفاوت نشانه معنی‌دار بودن و میانگین‌های دارای حروف مشابه از نظر آماری اختلافی ندارند.

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOI: DOI: 10.22034/14.66.31]



شکل ۳- اثر پیش‌تیمار گیاه خیار با نانوذره سلنیوم بر محتوی پراکسید هیدروژن تحت شرایط کنترل و تنش سرما. داده‌ها میانگین سه تکرار SE± است و با آزمون دانکن مقایسه شده‌اند. P<0.05 به عنوان اختلاف معنی‌دار در نظر گرفته شد. حروف متفاوت نشانه معنی‌دار بودن و میانگین‌های دارای حروف مشابه از نظر آماری اختلافی ندارند.

اندازه‌گیری مقدار پراکسید هیدروژن: در پژوهش حاضر تنش سرما باعث افزایش تقریباً سه برابری در مقدار پراکسید هیدروژن در برگ‌های گیاه خیار گردید. محلول‌پاشی گیاهان با غلظت‌های ۰/۲، ۰/۵ و ۱ میلی‌گرم بر لیتر سلنیوم به ترتیب باعث کاهش ۱۶، ۲۵ و ۲۲ درصدی پراکسید هیدروژن در گیاهان تحت تنش سرما در مقایسه با گیاهان پیش‌تیمار نشده با سلنیوم شد. (شکل ۳).

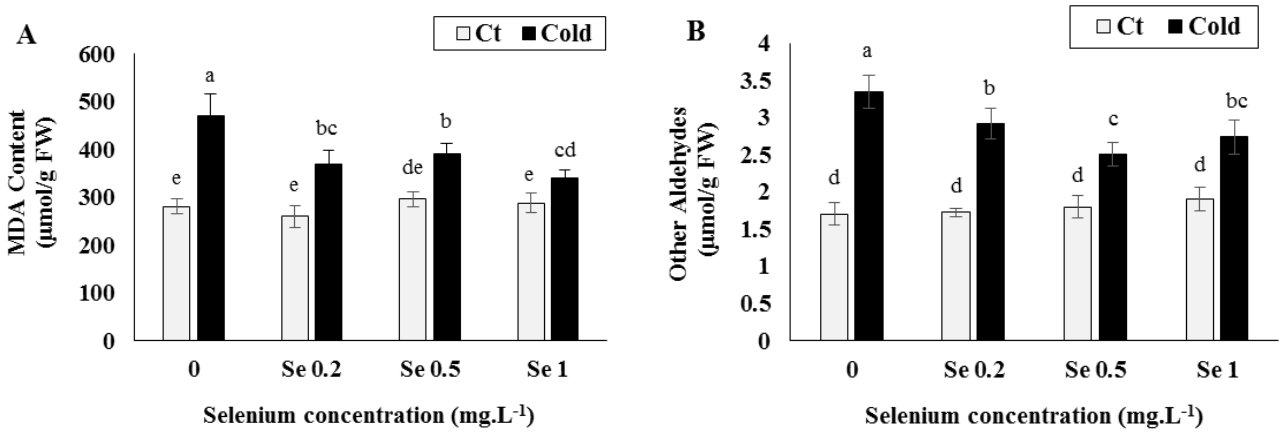
سنجش میزان پراکسیداسیون لیپیدهای غشایی: اندازه‌گیری مالون دآلدهید (MDA) و سایر آلدهیدها به عنوان شاخص پراکسیداسیون لیپیدها و تنش اکسیداتیو نشان داد که تنش اکسیداتیو ناشی از سرما خسارت زیادی به غشا وارد کرده است. مقدار مالون دآلدهید و سایر آلدهیدها در گیاهان تحت تنش سرما به ترتیب به میزان ۶۷ و ۹۶ درصد افزایش داشته است. اما محلول‌پاشی گیاهان با نانوذره سلنیوم باعث کاهش پراکسیداسیون لیپیدهای غشا تحت تنش سرما گردید و کمترین تأثیر مربوط به غلظت ۱ میلی‌گرم بر لیتر سلنیوم بود (شکل ۴). کاربرد سلنیوم در شرایط کنترل تأثیر معنی‌داری بر پرکسیداسیون لیپیدهای غشایی نداشت.

مقدار قندهای محلول و پرولین: اندازه‌گیری مقدار قندهای محلول در این پژوهش نشان داد که تنش سرما باعث افزایش ۱۶ درصدی قندهای محلول گردیده است. محلول‌پاشی گیاهان با نانوذره سلنیوم مقدار قندهای محلول را هم در گیاهان شاهد و هم در گیاهان تحت تنش سرما افزایش داد. محلول‌پاشی با نانوذره سلنیوم به میزان ۰/۵ و ۱ میلی‌گرم بر لیتر تا ۷۳ درصد مقدار قندهای محلول را در گیاهان شاهد افزایش داد. در شرایط تنش سرما نیز محلول‌پاشی با نانوذره سلنیوم ۰/۲، ۰/۵ و ۱ میلی‌گرم بر لیتر به ترتیب باعث افزایش ۳۰، ۷۳ و ۶۱ درصدی قندهای محلول در مقایسه با گیاهان پیش‌تیمار نشده گردید (شکل ۵).

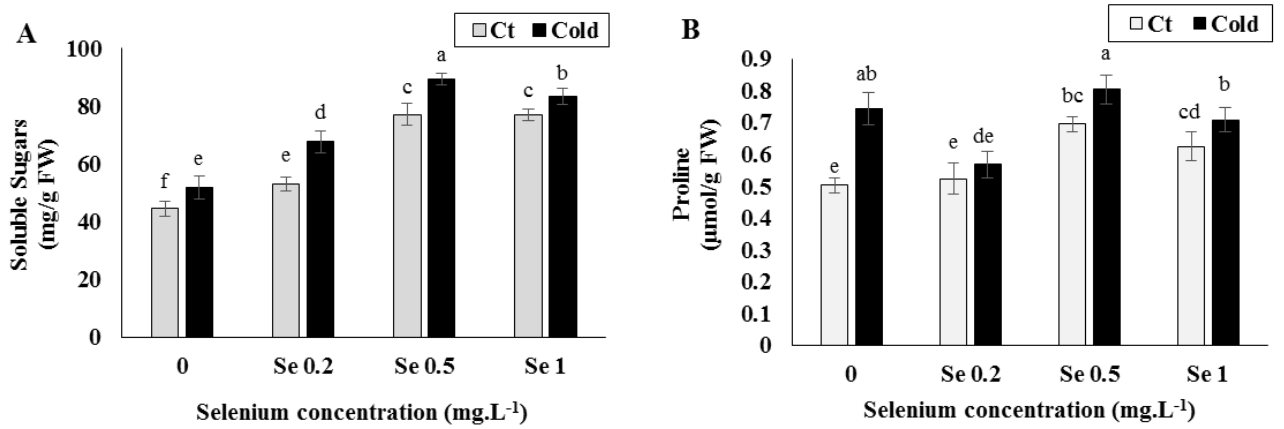
اندازه‌گیری مقدار پرولین نیز نشان داد که تنش سرما باعث افزایش حدود ۴۸ درصدی پرولین در گیاه خیار شده است. در گیاهان شاهد، محلول‌پاشی با نانوذره سلنیوم ۰/۲ میلی‌گرم بر لیتر اثر معنی‌داری بر مقدار پرولین نسبت به گیاهان پیش‌تیمار نشده، نداشت اما محلول‌پاشی با نانوذره سلنیوم ۰/۵ و ۱ میلی‌گرم بر لیتر مقدار پرولین را به میزان معنی‌داری افزایش داد. در گیاهان تحت تنش سرما، محلول‌پاشی گیاه با نانوذره سلنیوم ۰/۲ میلی‌گرم بر لیتر مقدار پرولین را کاهش داد اما پیش تیمار با غلظت‌های ۰/۵ و ۱ میلی‌گرم بر لیتر اثر معنی‌داری بر مقدار پرولین گیاه تحت تنش سرما در مقایسه با گیاهان پیش‌تیمار نشده، نداشت (شکل ۵).

مقدار فنل‌های کل: داده‌های حاصل از سنجش مقدار فنل‌های کل نشان داد که مقدار این ترکیبات تحت تنش سرما

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]
[DOI: DOI: 10.22034/14.66.31]



شکل ۴- اثر پیش‌تیمار گیاه خیار با نانوذره سلنیوم بر پراکسیداسیون لیپیدهای غشایی، MDA (A) و سایر آلدئیدها (B) تحت شرایط کنترل و تنش سرما. داده‌ها میانگین سه تکرار SE ± است و با آزمون دانکن مقایسه شده‌اند. P<0.05 به عنوان اختلاف معنی‌دار در نظر گرفته شد. حروف متفاوت نشانه معنی‌دار بودن و میانگین‌های دارای حروف مشابه از نظر آماری اختلافی ندارند.



شکل ۵- اثر پیش‌تیمار گیاه خیار با نانوذره سلنیوم بر محتوی قندهای محلول (A) و پرولین (B) تحت شرایط کنترل و تنش سرما. داده‌ها میانگین سه تکرار SE ± است و با آزمون دانکن مقایسه شده‌اند. P<0.05 به عنوان اختلاف معنی‌دار در نظر گرفته شد. حروف متفاوت نشانه معنی‌دار بودن و میانگین‌های دارای حروف مشابه از نظر آماری اختلافی ندارند.

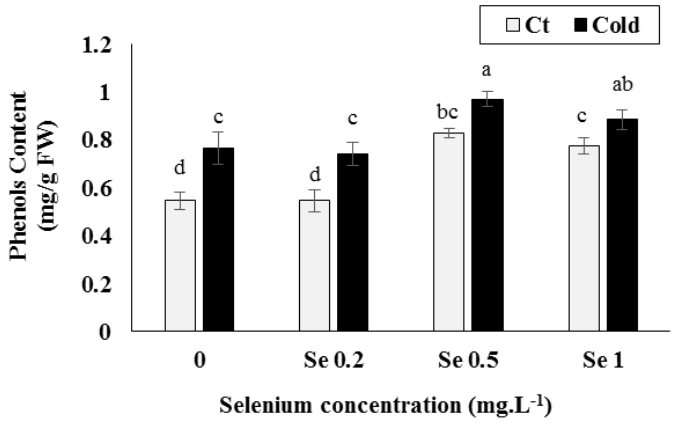
افزایش معنی‌داری نسبت به گیاهان کنترل داشت. محلول‌پاشی گیاهان با نانو ذره سلنیوم در غلظت‌های ۰/۵ و ۱ میلی‌گرم بر لیتر مقدار فنل‌ها را در هم در گیاهان شاهد و هم گیاهان تحت تنش سرما افزایش داد هر چند غلظت ۰/۲ سلنیوم نقش معنی‌داری در افزایش فنل‌ها نداشت (شکل ۶).

فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان: سنجش فعالیت آنزیم‌های CAT، APX و GPX نشان داد که در گیاهان تحت تنش سرمازدگی فعالیت آنزیم‌های APX و GPX افزایش یافتند در حالی‌که فعالیت آنزیم CAT کاهش یافت. تیمار گیاهان با نانوذره سلنیوم در تمام غلظت‌ها، فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان را هم در گیاهان شاهد و هم در گیاهان تحت تنش سرما افزایش داد اما بیشترین تأثیر در غلظت ۰/۵ میلی‌گرم بر لیتر مشاهده شد (شکل ۷).

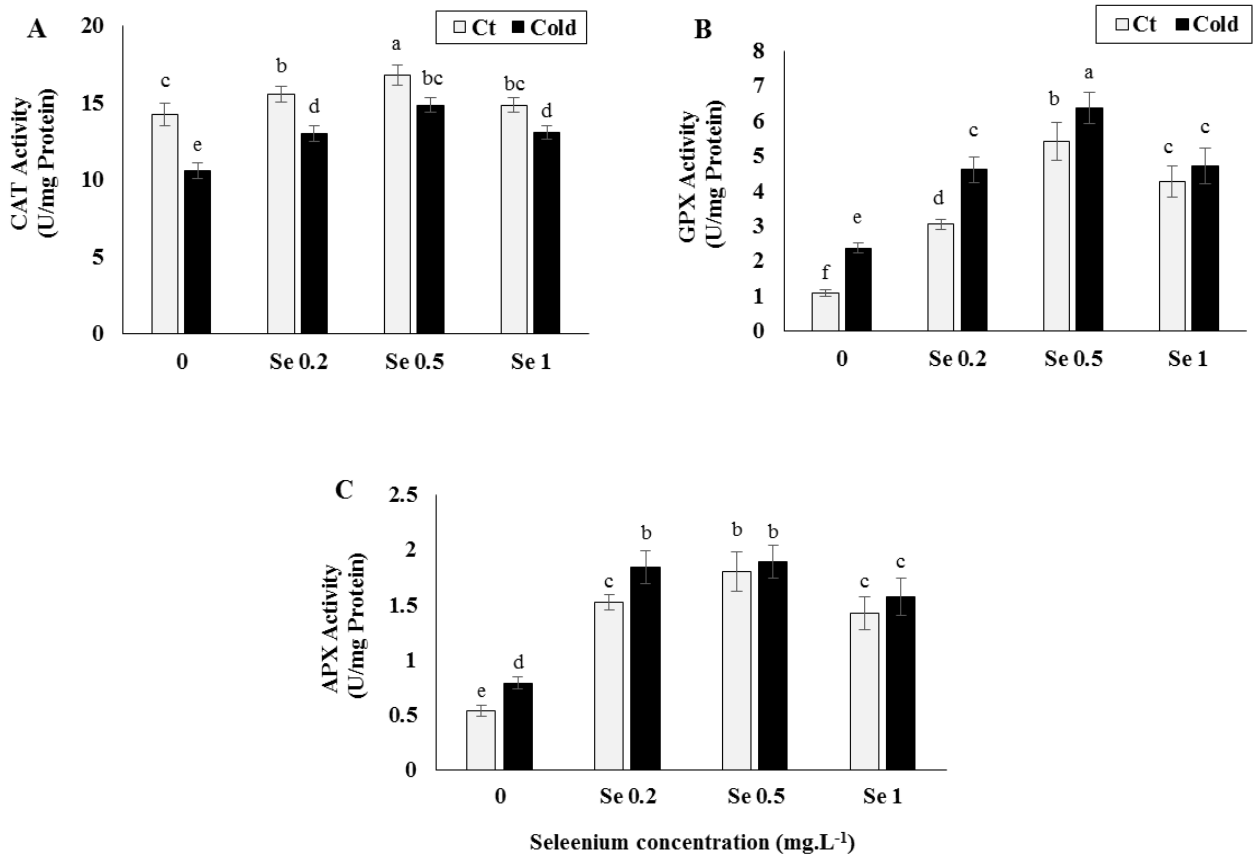
بحث

دمای نقاط مختلف سطح زمین بسیار متفاوت بوده و در طی فصل‌های مختلف و همچنین شب و روز تغییر می‌کند. دمای پایین (سرما) به عنوان یک تنش غیرزیستی بر فرآیندهای

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]
[DOI: DOI: 10.22034/14.66.31]



شکل ۶- اثر پیش‌تیمار گیاه خیار با نانوذره سلنیوم بر محتوی فنل کل تحت شرایط کنترل و تنش سرما. داده‌ها میانگین سه تکرار SE ± است و با آزمون دانکن مقایسه شده‌اند. P<0.05 به عنوان اختلاف معنی‌دار در نظر گرفته شد. حروف متفاوت نشانه معنی‌دار بودن و میانگین‌های دارای حروف مشابه از نظر آماری اختلافی ندارند.



شکل ۷- اثر پیش‌تیمار گیاه خیار با نانوذره سلنیوم بر فعالیت آنزیم‌های آنتی‌اکسیدان CAT (A)، APX (B) و GPX (C) تحت شرایط کنترل و تنش سرما. داده‌ها میانگین سه تکرار SE ± است و با آزمون دانکن مقایسه شده‌اند. P<0.05 به عنوان اختلاف معنی‌دار در نظر گرفته شد. حروف متفاوت نشانه معنی‌دار بودن و میانگین‌های دارای حروف مشابه از نظر آماری اختلافی ندارند.

فیزیولوژیکی، بیوشیمیایی، جوانه‌زنی، رشد و نمو گیاهان و بهره‌وری محصول تأثیر می‌گذارد (Yan *et al.*, 2010). در این

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]
[DOI: DOI: 10.22034/14.66.31]

تحقیق مشاهده شد که نانوذره سلنیوم موجب افزایش معنی‌دار طول اندام هوایی گیاه خیار در هر دو شرایط کنترل و تنش سرما گردید (شکل ۱). اثرات مثبت کاربرد غلظت‌های پایین سلنیوم بر رشد و عملکرد گیاه توسط چندین محقق گزارش شده است (Terry *et al*., 2000; Chu *et al*., 2010; Yao *et al*., 2009). مطالعات نشان دادند که در غلظت‌های پایین، سلنیوم با افزایش ظرفیت آنتی‌اکسیدانی گیاهان، تأثیر مثبتی بر رشد و تحمل گیاهان تحت تنش دارد، در نتیجه عملکرد گیاه را نیز بهبود می‌بخشد (Kong and Wang, 2005). سلنیوم با کاهش اثر رادیکال‌های آزاد اکسیژن و حفظ غشاء، موجب بهبود فتوسنتز نیز می‌شود. علاوه بر این سلنیوم می‌تواند جذب و تجمع مواد معدنی را که برای متابولیسم گیاه مهم هستند تغییر دهد (Chu *et al*., 2010). به نظر می‌رسد همه این اثرات در نهایت باعث رشد بهتر گیاه در شرایط تنش می‌شوند. تغییر محتوی کلروفیل برگ، شاخص مهمی برای نشان دادن میزان تحمل گیاه در برابر سرما در نظر گرفته می‌شود (Mishra *et al*., 2011). در این پژوهش، کاهش مقدار کلروفیل گیاهان تحت تنش، نشان‌دهنده حساسیت گیاه خیار به شرایط دمای پایین است. روند تغییر مقدار کلروفیل‌های گزارش شده در گیاه برنج نیز با نتایج حاصل از این مطالعه در پاسخ به تنش سرما تطابق دارد و در آن پژوهش بیان شده که کاهش بیوسنتز کلروفیل تا حدی به دلیل مهار بیوسنتز۵-آمینولوولنیک اسید است (Boese and Huner, 1990). همچنین چندین مطالعه نشان داده که تنش سرما با کاهش رنگدانه‌های فتوسنتزی و سطح جذب نور، سطح انرژی لازم برای تحریک فتوسیستم‌ها (Ps) را کاهش می‌دهد و فتوسنتز را مهار می‌کند (Demmig-Adams and Adams, 2006). در این تحقیق نقش مثبت سلنیوم در افزایش محتوی کلروفیل‌ها در گیاهان تحت تنش سرما، چشمگیر بود و احتمالاً یکی از دلایل افزایش رشد گیاه در این شرایط است. سلنیوم ممکن است در سنتز پیش‌سازهای کلروفیل به شکل اسیدآمینه (Se –آمینه) شرکت داشته و سنتز کلروفیل را افزایش دهد (Feng *et al*., 2013). در گیاهچه‌های توت‌فرنگی، تیمار سلنیوم موجب کاهش تخریب کلروفیل‌های برگ شد که به علت حفظ دستگاه فتوسنتزی و سیستم غشایی سلول‌ها در برابر سرما بوده است (Gao *et al*., 2016). یکی از اثرات تنش‌های زیستی و غیرزیستی، افزایش و تولید گونه‌های فعال اکسیژن (ROS) و ایجاد تنش اکسیداتیو است. پراکسید هیدروژن (H_2O_2) به عنوان یک اکسیدان قوی باعث آسیب غشاء سلول شده و بر عملکردهای متابولیک سلول تأثیر می‌گذارد. ROSهای دیگر نیز تجمع می‌یابند و اثرات مستقیم و یا غیرمستقیم بر سلول دارند، از جمله پراکسیداسیون لیپیدهای غشاء را ایجاد کرده که با افزایش مالون دآلدئید همراه است (Huang *et al*., 2018). در این تحقیق مشاهده شده که محتوی پراکسید هیدروژن، مقدار مالون دآلدئید و سایر آلدئیدها به عنوان شاخص تنش اکسیداتیو در گیاه خیار تحت تنش سرما به طور قابل توجهی افزایش پیدا کرده است (شکل ۳ و ۴). در این مطالعه کاربرد برگی نانو ذره سلنیوم باعث کاهش محتوی MDA و H_2O_2 و همچنین آسیب‌های غشایی سلول‌ها شد که احتمالاً به دلیل نقش آنتی‌اکسیدانی آن است (Gouveia *et al*., 2020).

از دست رفتن آب و پژمردگی سلول از مهمترین اثرات تنش سرما در گیاهان است به همین دلیل هنگامی که گیاهان در معرض شرایط تنش‌زا قرار می‌گیرند، مجموعه‌ای از متابولیت‌های اسمزا را تجمع می‌دهند تا بتوانند فشار اسمزی خود را حفظ نمایند. قندهای محلول و پرولین از ترکیبات اصلی تنظیم اسمز در برگ‌ها هستند (Li *et al*., 2011). قندها و پرولین با حفظ تورگر سلولی، تثبیت غشای سلولی و تعادل اسمزی، تحمل گیاه را در برابر عوامل تنش زا افزایش داده و در نتیجه از نشت الکترولیت‌ها جلوگیری می‌کنند (Munns, 2005). علاوه بر این، ترکیبات نامبرده در برخی مواقع خاصیت آنتی‌اکسیدان نشان می‌دهند و می‌توانند در ترکیب با آب، اطراف ماکرومولکول‌ها را پوشانده و به عنوان رباینده گونه فعال اکسیژن عمل کرده و آن‌ها را از آسیب رادیکال‌های آزاد اکسیژن حفظ و باعث تثبیت غشاء شوند و غلظت گونه‌های فعال اکسیژن را در محدوده نرمال قرار می‌دهند (Slewinski and Braun, 2010). افزایش میزان قند و پرولین نیز در این

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOI: DOI: 10.22034/14.66.31]

مطالعه می‌تواند به همین دلیل باشد. گزارش شده که در جو و تربچه نیز پرولین تحت تنش سرما به سرعت تجمع می‌یابد (Chu *et al.*, 1974). گزارش شده است که تنش سرما تجمع کربوهیدرات و گلوکز نُه رقم استویا را نیز افزایش داده است (Adams *et al.*, 2014). به طور مشابه افزایش قابل توجهی در مقدار قند بافت آبکش رگبرگ‌های گیاهان *Athaliana* و *Spinacia olevacea* در پاسخ به تنش سرما نیز گزارش شده است (Domon *et al.*, 2013). در این تحقیق محلول‌پاشی گیاهان خیار با نانوذره سلنیوم موجب افزایش معنی‌دار مقدار قندها در گیاهان تحت تنش سرما شد اما اثر معنی‌داری بر مقدار پرولین گیاهان تحت تنش سرما نداشت. ترکیبات فنلی گروه بزرگی از ترکیبات ثانویه هستند که دارای فعالیت آنتی‌اکسیدانی هستند. فعالیت آنتی‌اکسیدانی این ترکیبات ناشی از ویژگی‌های احیاءکنندگی آن‌ها می‌باشد که نقش مهمی در جذب سطحی و خنثی‌کردن رادیکال‌های آزاد، خاموش‌کردن اکسیژن یکتایی و تجزیه پراکسیدها دارد (Zheng and Wang, 2001). بیان شده که تنش سرما باعث القاء تولید فنل‌های محلول می‌شود. در این پژوهش نیز مشاهده شد تحت تنش سرما مقدار فنل‌ها گیاهان خیار افزایش یافت که در گیاهان محلول‌پاشی شده با نانوذره سلنیوم (غلظت‌های ۰/۵ و یک میلی‌گرم در لیتر) افزایش مقدار فنل بیشتر بود.

برای کاهش یا جلوگیری از آسیب اکسیداتیو ناشی از تنش، گیاهان مکانیسم‌هایی را برای از بین بردن گونه‌های سمی و فعال اکسیژن از طریق آنزیم‌های آنتی‌اکسیدانی کاتالاز، آسکوربات پراکسیداز و گایاکول پراکسیداز دارند (Zhang *et al.*, 2019). نقش مستقیم یا غیرمستقیم سلنیوم در کاهش صدمات ناشی از تنش اکسیداتیو در برخی مطالعات گزارش شده است. گزارش‌هایی از اثرات سلنیوم در گیاهان تحت تنش‌های مختلف، بر فعالیت آنزیم کاتالاز وجود دارد (Dubravina *et al.*, 2005). به‌طور مثال بیان شده که محلول‌پاشی سلنیوم به‌طور معنی‌داری باعث افزایش فعالیت آنزیم کاتالاز در برگ‌های سورگوم تحت تنش سرما شد (Zhou *et al.*, 2005). در این پژوهش نیز مشاهده شد که کاربرد نانوذره سلنیوم با غلظت‌های ۰/۲، ۰/۵ و ۱ میلی‌گرم بر لیتر سبب افزایش فعالیت آنزیم کاتالاز در گیاهان خیار تحت تنش سرما شد. همچنین گزارش شده که پس از کاربرد سلنیوم در برگ‌های گیاه توت‌فرنگی، فعالیت آنزیم کاتالاز در طی تنش سرما افزایش یافته است که احتمالاً به دلیل تبدیل سیستئین به سلنوسیستئین و جایگزینی گوگرد توسط سلنیوم است، که با نقش سلنیوم در وارد کردن سلنوسیستئین به محل‌های فعال آنزیم مطابقت داشته و در نتیجه فعالیت آنزیم افزایش می‌یابد (Han *et al.*, 2013).

به علاوه در این پژوهش مشاهده شد که میزان فعالیت آسکوربات پراکسیداز و گایاکول پراکسیداز در طی تنش سرما افزایش می‌یابد (شکل ۷). در گیاه توت‌فرنگی نیز مشاهده شده که سطح فعالیت آسکوربات پراکسیداز در طی پنج تا شش ساعت بعد از تیمار سرما افزایش می‌یابد. همچنین در این مطالعه کاربرد سلنیوم به طور قابل توجهی سطوح فعالیت آسکوربات پراکسیداز را در مقایسه با گیاهان پیش‌تیمار نشده، افزایش داد. آسکوربات پراکسیداز از آسکوربات به عنوان یک دهنده الکترون برای احیاء H_2O_2 به آب استفاده می‌کند. سپس گلوتاتیون احیاء با عمل گلوتاتیون ردوکتاز و با استفاده از NADPH از GSSG بازسازی می‌شود که کاربرد سلنیوم این عملکرد را بیشتر تشویق می‌کند (Luo *et al.*, 2007). در این مطالعه مشاهده شد که سلنیوم نقش مؤثری در فعال‌کردن سیستم آنتی‌اکسیدانی آنزیمی گیاه خیار تحت تنش سرمازدگی داشته است و به همین دلیل میزان خسارت در گیاهان محلول‌پاشی شده با نانو ذره سلنیوم کمتر بوده است.

نتیجه‌گیری

نتیجه این پژوهش نشان داد که محلول‌پاشی برگی نانوذره سلنیوم هم از طریق بهبود وضعیت فتوسنتز (به دلیل حفظ رنگیزه‌های فتوسنتزی و غشاهای زیستی) و هم افزایش اسمولیت‌ها و افزایش ظرفیت آنتی‌اکسیدانی گیاه خسارات ناشی از سرمازدگی در خیار را کاهش داده است لذا می‌توان از محلول‌پاشی گیاهان با این نانوذره جهت پیشگیری از خسارات

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]
[DOI: DOI: 10.22034/14.66.31]

ناشی از سرمازدگی استفاده کرد. در گیاه خیار بهترین نتیجه مشاهده شده در این تحقیق، کاربرد برگی نانو ذره سلنیوم در غلظت ۰/۵ میلی‌مولار بود.

این مقاله با حمایت دانشگاه شهید باهنر کرمان انجام شده است و بدین وسیله نویسندگان این مقاله از معاونت پژوهشی این دانشگاه تشکر می‌نمایند.

سپاسگزاری

منابع

Adams, W. W., Muller, O., Cohu, C. M., & Demmig-Adams, B. (2014). Photosystem II efficiency and non-photochemical quenching in the context of source-sink balance in non-photochemical quenching and energy dissipation in plants, algae and cyanobacteria. *Advances in Photosynthesis and Respiration*, 503-529. http://dx.doi.org/10.1007/978-94-017-9032-1_23

Anderson, R., Bayer, P. E., & Edwards, D. (2020). Climate change and the need for agricultural adaptation. *Current Opinion in Plant Biology, 19*, 30121-30129. https://doi.org/10.1016/j.pbi.2019.12.006

Bates, L. S. (1973). Rapid determination of free proline for water stress studies. *Plant and Soil, 39*, 205-207. http://dx.doi.org/10.1007/BF00018060

Boese, S. R, & Huner, N. P. A. (1990). Effect of growth temperature and temperature shifts on spinach leaf morphology and photosynthesis. *Plant Physiology, 94*, 183-190. https://doi.org/10.1104/pp.94.4.1830

Chinnusamy, V., Zhu, J. K., & Sunkar, R. (2010). Gene regulation during cold stress acclimation in plants. In: Plant Stress Tolerance: Methods and Protocols. (ed. Sunkar, R.) Pp. 39-55. Humana Press, Totowa. https://doi.org/10.1007/978-1-60761-702-0_3

Chu, T. M., Aspinall, D., & Paleg, L. G. (1974). Stress metabolism. VI. temperature stress and the accumulation of proline in barley and radish. *Plant Biology, 1*, 87-97. https://doi.org/10.1071/PP9740087

Chu, X., Yao, Z., & Zhang, Z. (2010). Responses of wheat seedlings to exogenous selenium supply under cold stress. *BioIogical Trace Element Research, 136*, 355-363. https://doi.org/10.1007/s12011-009-8542-3

Djanaguiraman, M., Belliraj, N., Bossmann, S. H., & Prasad, P. V. V. (2018). High-temperature stress alleviation by selenium nanoparticle treatment in grain sorghum. *ACS Omega, 13*(3), 2479-2491. doi: 10.1021/acsomega.7b01934. PMID: 31458542; PMCID: PMC6641442.

Dhindsa, R. S., Dhindsa, P., & Thorpe, A. T. (1981). Leaf senescence correlated with increased levels of membrane permeability and lipid peroxidation and decrease levels of superoxide dismutase and catalase. *Journal of Experimental Botany, 32*, 93-101. http://dx.doi.org/10.1093/jxb/32.1.93

Demmig-Adams, B, & Adams, W. W. (2006). Photoprotection in an ecological context: The remarkable complexity of thermal energy dissipation. *New Phytology, 172*, 11-21. https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2006.01821.x

Deng, W., Wang, H., Wu, B., & Zhang, X. (2019). Selenium-layered nanoparticles serving for oral delivery of phytomedicines with hypoglycemic activity to synergistically potentiate the antidiabetic effect. *Acta Pharmaceutica Sinica, 9*(1), 74-86. https://doi.org/10.1016/j.apsb.2018.11.001

Domon, J. M., Baldwin, L., Acket, S., Caudeville, E., Arnoult, S., & Zub, H. (2013). Cell wall compositional modifications of Miscanthus ecotypes in response to cold acclimation. *Phytochemistry, 85*, 51-61. https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2012.09.001

Dubravina, G. A, Zaytseva, S. M., & Zagoskina, N. V. (2005). Changes in formation and localization of phenolic compounds in the tissues of European and Canadian yew during diffrenation in vitro. *Russian Journal of Plant physiology, 52*, 678-672. https://doi.org/10.1007/s11183-005-0100-z

Feng, R. W., Wei, C. Y., & Tu, S. X. (2013). The roles of selenium in protecting plants against abiotic stresses. *Environmental and Experimental Botany, 87*, 58-68. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2012.09.002

Gao, M., Qi, Y., Song, W., & Xu, H. (2016). Effects of di-n-butyl phthalate and di (2-ethylhexyl) phthalate on the growth, photosynthesis, and chlorophyll fluorescence of wheat seedlings. *Chemosphere, 151*, 76-83. https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2016.02.032

Gao, X., Ohlander, M., Jeppsson, N., Bjork, L., & Trajkovski, V. (2000). Changes in antioxidant effects and their relationship to phytonutrients in fruit of sea buckthourn (*Hippophae rhamnoides* L.) during maturation. *Journal of Agriculture and Food Chemistry, 48*, 1458-1490. https://doi.org/10.1021/jf991072g

Gouveia, G. C. C., Galindo, F. S., Lanza, M. G. D. B., da Rocha Silva, A. C., de Brito Mateus, M. P., da Silva, M. S., Tavanti, R. F. R., Tavanti, T. R., Lavres, J., & Dos Reis, A. R. (2020). Selenium toxicity stress-induced phenotypical, biochemical and physiological responses in rice plants: characterization of symptoms and plant metabolic adjustment. *Ecotoxicology and Environmental Safty, 202*, 916-950. https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2020.110916

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOI: DOI: 10.22034/14.66.31]

Han, D., Li, X. H., Xiong, S. L., Tu, S. X., Chen, Z. G., Li, J. P., & Xie, Z. J. (2013). Selenium uptake, speciation and stressed response of *Nicotiana tabacum* L. *Environmental and Experimental Botany, 95*, 6-14. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2012.12.006

Hasanuzzaman, M., Bhuyan, B., Raza, A., Hawrylak-Nowak, B., Matraszek-Gawron, R., Al Mahmud, J., Nahar, K., & Fujita, M. (2020). Selenium in plants: Boon or bane? *Environental and Experimental Botany, 178*, 104-117. https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2020.104170

Hasanuzzaman, M, & Fujita, M. (2011). Selenium pretreatment upregulates the antioxidant defense and methylglyoxal detoxification system and confers enhanced tolerance to drought stress in rapeseed seedlings. *Biological Trace Elements Research, 143*, 1758-1776. https://doi.org/10.1007/s12011-010-8878-8

Hasanuzzaman, M., Hossain, M. A., & Fujita, M. (2010). Selenium in higher plants: physiological role, antioxidant metabolism and abiotic stress tolerance. *Journal of Plant Science*, 354-375. 10.3923/jps.2010.354.375

Hawrylak-Nowak, B. (2013). Comparative effects of selenite and selenate on growth and selenium accumulation in lettuce plants under hydroponic conditions. *Plant Growth Regulation, 70*, 149-157. https://doi.org/10.1007/s10725-013-9783-x

Heath, R. L, & Packer, L. (1968). Photoperoxidation in isolated chloroplast, kinetics and stoichiometry of fatty acid peroxidation. *Arch Biochem Biophy, 125*, 189-198. https://doi.org/10.1016/0003-9861(68)90654-1

Hossain, Z., Nouri, M. Z., & Komatsu, S. (2012). Plant cell organelle proteomics in response to abiotic stress. *Journal of Proteome Research*, *11*, 37-48. https://doi.org/10.1021/pr200863r

Huang, C., Qin, N., Sun, L., Yu, M., Hu, W., & Qi, Z. (2018). Selenium improves physiological parameters and alleviates oxidative stress in strawberry seedlings under low-temperature stress. *International Journal of Molecular Science, 7*, 13-19. https://doi.org/10.3390/ijms19071913

Ikram, M., Raja, N. I., Javed, B., Hussain, M., Hussain, M., Ehsan, M., & Akram, A. (2020). Foliar applications of bio-fabricated selenium nanoparticles to improve the growth of wheat plants under drought stress. *Green Process Synthesis, 9*(1), 706-714. https://doi.org/10.1515/gps-2020-0067

Jan, N., Majeed, U., & Andrabi, K. I. (2018). Cold stress modulates osmolytes and antioxidant system in *Calendula officinalis*. *Acta Physiologiae Plantarum*. https://doi.org/10.1007/s11738-018-2649-0

Kaplan, F., Kopka, J., Sung, D. Y., Zhao, W., Popp, M., Porat, R., & Guy, C. L. (2007). Transcript and metabolite profiling during cold acclimation of Arabidopsis reveals an intricate relationship of cold-regulated gene expression with modifications in metabolite content. *Plant Journal, 50*, 967-981. https://doi.org/10.1111/j.1365-313X.2007.03100.x

Kong, L, & Wang, B. D. (2005). Selenium modulates the activities of antioxidant enzymes, osmotic homeostasis and promotes the growth of sorrel seedlings under salt stress. *Plant Growth Regulation, 45*, 155-163. https://doi.org/10.1007/s10725-005-2533-0

Levitt, J. (1980). Responses of Plants to Environmental Stress, Chilling, Freezing, and High Temperature Stresses. Academic Press, Cambridge. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-445501-6.50016-6

Li, Y. R., Fang, F. X., Wu, J. M., Li, X., Zhang, R. H., Liu, X. H., He, H., Yang, R. Z., Yang, L. T., Chen, G. L., Su, S. Q., & Wang, M. (2011). Survey of frost and cold damage on sugarcane production in Guangxi in 2010/2011 milling season and countermeasures. *Journal of Southern Agriculture, 1*, 37-42. 10.3969/j.issn.2095-1191.2011.10.012

Lichtenthaler, H. K. (1987). Chlorophylls and carotenoids: Pigments of photosynthetic biomembranes. *Methods in Enzymology, 148*, 350-382. http://dx.doi.org/10.1016/0076-6879(87)48036-1

Luo, Y., Tang, H. R., & Zhang, Y. (2007). Effect of low temperature stress on activities of SOD and enzymes of ascorbate-glutathione cycle. *Acta Horticulturae Sinica, 34*, 1405-1410. 10.11926/j.issn.1005-3395.2016.06.013

Masuda, H. I. (2012). Iron biofortification in rice by the introduction of multiple genes involved in iron nutrition. *Scientific Reports, 2*, 543-549. https://doi.org/10.1038/srep00543

Meirs, S., Philosophhadas, S., & Aharoni, N. (1992). Ethylene increased accumulation of flurescent lipid-peroxidation products detected during parsley by anewly developed method. *Journal of the American Society for Horticultural Science, 117*, 128-132. http://dx.doi.org/10.21273/JASHS.117.1.128

Mishra, A., Mishra, K. B., Hoermiller, I. I., Heyer, A. G., & Nedbal, L. (2011). Chlorophyll fluorescence emission as a reporter on cold tolerance in *Arabidopsis thaliana* accessions. *Plant Signal Behavier, 6*, 301-310. https://doi.org/10.4161/psb.6.2.15278

Morales-Espinoza, M. C., Cadenas-Pliego, G., Perez-Alvarez, M., Hernandez-Fuentes, A. D., Cabrera de la Fuente, M., Benavides-Mendoza, A., Valdes-Reyna, J., & JuarezMaldonado, A. (2019). Se nanoparticles induce changes in the growth, antioxidant responses, and fruit quality of tomato developed under NaCl stress. *Molecules*, 24. https://doi.org/10.3390/molecules24163030

Mroczek-Zdyrska, M, & Wojcik, M. (2012). The influence of selenium on root growth and oxidative stress induced by lead in *Vicia faba* L. minor plants. *Biological Trace Element Research*, *147*, 320-328. https://doi.org/10.1007/s12011-011-9292-6

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOI: DOI: 10.22034/14.66.31]

Mroczek-Zdyrska, M., Strubinska, J., & Hanaka, A. (2017). Selenium improves physiological parameters and alleviates oxidative stress in shoots of lead-exposed *Vicia faba* L. minor plants grown under phosphorus-deficient conditions. *Journal of Plant Growth Regulation, 36*(1), 186-199. https://doi.org/10.1007/s00344-016-9629-7

Munns, R. (2005). Genes and salt tolerance: Bringing them together. *New Phytology, 167*, 645-63. https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2005.01487.x

Nakano, Y, & Asada, K. (1981). Hydrogen peroxide is scavenged by ascorbate-specific peroxidase in spinach chloroplasts. *Plant and Cell Physiology, 22*, 867-880. https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.pcp.a076232

Plewa, M. J., Smith, S. R., & Wagner, E. D. (1991). Diethyldithiocarbamate suppresses the plant activation of aromatic amines into mutagens by inhibiting tobacco cell peroxidase. *Mutant Research and Molecular Mechanisms of Mutagenesis, 247*, 57-64. https://doi.org/10.1016/0027-5107(91)90030-K

Poldma, P., Tonutare, T., Viitak, A., Luik, A., & Moor, U. (2011). Effect of selenium treatment on mineral nutrition, bulb size, and antioxidant properties of garlic (*Allium sativum* L.). *Journal of Agriculture and Food Chemistry, 26*, 549-555. https://doi.org/10.1021/jf1046032

Roe, J. H. (1955). The determination of sugar in blood and spinal fluid with anthrone reagent. *Journal of Biological Chemistry, 212*, 335-343. https://doi.org/10.1016/S0021-9258(18)71120-4

Saydpour, F., Sayyari, M., & Ghanbari, F. (2015). Effect of glycine betaine on chilling tolerance of cucumber seedlings. *Journal of Crop Improvement, 17*(1), 53-67. https://doi.org/10.22059/jci.2015.54788

Slewinski, T. L, & Braun, D. M. (2010). Current perspectives on the regulation of whole-plant carbohydrate partitioning. *Plant Science, 178*(4), 341-349. https://doi.org/10.1016/j.plantsci.2010.01.010

Terry, N., Zayed, M. P., de Souza, J., & Tarun, A. S. (2000). Selenium in higher plants. *Annual Review of Physiology. Plant Molecular Biology, 51*, 401-432. https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.51.1.401

Zahedi, S. M., Abdelrahman, M., Hosseini, M. S., Hoveizeh, N. F., & Tran, L. S. P. (2019). Alleviation of the effect of salinity on growth and yield of strawberry by foliar spray of selenium-nanoparticles. *Environmental Pollution, 253*, 246-258. https://doi.org/10.1016/j.envpol.2019.07.001

Zhang, W., Jiang, B., Li, W., Song, H., & Yu, Y. (2019). Polyamines enhance chilling tolarance of cucamber (*Cucumis sative* L.) through modulating antioxidative system. *Scientia Horticulturae, 122*, 200-208. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.02.045

Zheng, W, & Wang, S. Y. (2001). Ntioxidante activity and fnoloic compounds in selected herbs. *Journal of Agriculture and Food Chemistry, 49*, 516-523. https://doi.org/10.1021/jf0106971

Zhou, B., Guo, Z., & Liu, Z. (2005). Effects of abscisic acid on antioxidant systems of *Stylosanthes guianensis* under chilling stress. *Crop Science, 45*, 599-605. https://doi.org/10.2135/cropsci2005.0599

Zhou, N., Long, H., Wang, C., Yu, L., Zhao, M., & Liu, X. (2020). Research progress on the biological activities of selenium polysaccharides. *Food Function, 11*, 4834. https://doi.org/10.1039/D0FO00721C

Yao, X., Chu, J., & Wang, G. (2009). Effects of selenium on wheat seedlings under drought stress. *Biological Trace Element Research*, 83-90. https://doi.org/10.1007/s12011-009-8328-7

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOI: DOI: 10.22034/14.66.31]

The effect of foliar spraying of selenium nanoparticles in reducing cold stress damages in cucumber plants (*Cucumis sativus* L.)

Marjan Amini, Fatemeh Nasibi*, Effat Ahmadi Mousavi, Adeleh Barand

Biology Department, Faculty of Sciences, Shahid Bahonar University of Kerman, Kerman, Iran
(Received: 2023/02/04, Accepted: 2024/11/12)

Abstract

Cold stress is a significant factor that limits agricultural production. Cucumber, a crop that thrives in warm regions, is often grown in the autumn and winter but can be suddenly exposed to cold stress. Recently, Iranian farmers have faced considerable losses due to cold damage to their cucumber crops. This research investigated the effects of pretreating cucumber plants with selenium nanoparticles (SeNP) to enhance their resistance to cold stress. In the experiment, cucumbers were sprayed with SeNP solutions at concentrations of 0.2, 0.5, and 1 mg L^{-1} during the three to four leaf stages. The findings revealed that under cold stress, the chlorophyll content decreased, while the activity of antioxidant enzymes, malondialdehyde content, hydrogen peroxide levels, phenolic compounds, proline, and soluble carbohydrates all significantly increased. However, pretreating the plants with SeNP effectively reduced the amounts of malondialdehyde and hydrogen peroxide, helped preserve chlorophyll content, and enhanced the levels of proline, soluble sugars, phenolic compounds, and antioxidant enzyme activity when compared to plants that were not treated with selenium. These results highlight the beneficial role of selenium as an active antioxidant in mitigating cold stress damage.

Keywords: Antioxidant, Cold stress, Lipid peroxidation, Soluble sugars

Corresponding author, Email: nasibi.f@uk.ac.ir

[Downloaded from jispp.iut.ac.ir on 2026-11-28]

[DOI: DOI: 10.22034/14.66.31]